



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA
VETERINÁRIA

**PRINCIPAIS CAUSAS DE ALTERAÇÃO DA COLORAÇÃO DE
PENAS EM PAPAGAIO VERDADEIRO (*Amazona aestiva*)**

Adara Diamante Spinola Monteiro Vieira

Orientador (a): Prof. Dra. Cátia Dejuste de Paula

BRASÍLIA – DF

JULHO/2018



ADARA DIAMANTE SPINOLA MONTEIRO VIEIRA

**PRINCIPAIS CAUSAS DE ALTERAÇÃO DA COLORAÇÃO DE
PENAS EM PAPAGAIO VERDADEIRO (*Amazona aestiva*)**

Trabalho de conclusão de curso de
graduação em Medicina Veterinária
apresentado junto à Faculdade de
Agronomia e Medicina Veterinária da
Universidade de Brasília

Orientadora: Cátia Dejuste de Paula

BRASÍLIA – DF

JULHO/2018

FICHA CATALOGRÁFICA

Vieira, Adara Diamante Spinola Monteiro

Principais causas de alteração da coloração de penas em papagaio verdadeiro (*Amazona aestiva*). / Adara Diamante Spinola Monteiro Vieira; orientação de Cátia Dejuste de Paula – Brasília, 2018.

43 p. : Il.

Trabalho de conclusão de curso de graduação – Universidade de Brasília/Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, 2018.

CESSÃO DE DIREITOS

Nome do Autor: Adara Diamante Spinola Monteiro Vieira

Título do Trabalho de Conclusão de Curso: Principais causas de alteração da coloração de penas em papagaio verdadeiro (*Amazona aestiva*).

Ano: 2018.

É concedida à Universidade de Brasília permissão para reproduzir cópias desta monografia e para emprestar ou vender tais cópias somente para propósitos acadêmicos e científicos. O autor reserva-se a outros direitos de publicação e nenhuma parte desta monografia pode ser reproduzida sem a autorização por escrito do autor.

Adara Diamante s.m. Vieira

Adara Diamante Spinola Monteiro Vieira

FOLHA DE APROVAÇÃO

Nome do autor: VIEIRA, Adara Diamante Spinola Monteiro.

Título: Principais causas de alteração da coloração de penas em papagaio verdadeiro (*Amazona aestiva*).

Trabalho de conclusão do curso de graduação em Medicina Veterinária apresentado junto à Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Brasília.

Aprovado em

Banca Examinadora

Profa. Dra. Cátia Dejuste de Paula

Julgamento: Aprovada

Instituição: Universidade de Brasília

Assinatura: [Assinatura]

M.V. Elber Luiz Silva Costa Moraes

Julgamento: Aprovada

Instituição: Mundo Diferente

Assinatura: [Assinatura]

Profa. Dra. Líria Queiroz Luz Hirano

Julgamento: Aprovada

Instituição: Universidade de Brasília

Assinatura: Líria Queiroz

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, que é a minha força e é quem guia e ilumina o meu caminho.

À Universidade de Brasília e aos professores pertencentes à Faculdade de Agronomia e Veterinária por todo auxílio e por me ajudarem na minha formação profissional através da transmissão de seus conhecimentos.

À minha família, em especial meus pais, Bianca Diamante e Iberê Eduardo, e a minha irmã, Tainá Vieira, pelo apoio e amor incondicional e por sempre acreditarem em mim e me apoiarem em todos os momentos, possibilitando a realização dos meus sonhos.

Aos meus colegas que me acompanharam nesta etapa, em especial às amigas que a veterinária me deu, Andressa Jalyne, Mariana Bonow, Rebeca Larissa, Karina Oliveira, Amanda Oliveira, Cecília Granato, Gabriela Galiza, Gabriela Rezende, Giulianna Obeid, Marina Reis e Savana Alves, pela dedicação, cumplicidade e amizade que construímos ao longo desses anos, sempre auxiliando umas as outras, por cada risada e por tornarem essa etapa especial.

Aos funcionários do Aquário de São Paulo, principalmente a Islene Silva e minha supervisora Laura Reisfeld, pelos ensinamentos, por me acolherem fazendo com que eu me sentisse em casa, pela amizade e por depositarem total confiança em mim durante parte do meu estágio obrigatório, tornando-o mais proveitoso possível.

À professora Líria Queiroz e aos residentes da Área de Animais Silvestres da Universidade de Brasília, Hedermy Cerqueira, Carol Sanches, Ariam Martinello, Paula Damasceno, Júlia Herter e Nicolas Costa, pela disposição e paciência para transmitir os conhecimentos, por confiarem em mim e me passarem confiança em todos os momentos e por tornarem os dias de estágio ainda melhores. Agradeço também aos estagiários presentes nessa etapa, os quais colaboraram para que tudo acontecesse, principalmente à Gabriela Dantas, pelo companheirismo e ajuda.

Aos meus amigos, em especial Talita Nasser, Kayron Ney, Jéssica Dias e Ana Carolina Lima, por sempre estarem ao meu lado, me escutando, aconselhando e motivando para que eu acreditasse mais em mim e concluísse essa etapa com sucesso.

À minha orientadora, Cátia Dejuste, pelo auxílio na decisão do tema e na elaboração do trabalho de conclusão de curso.

“A grandeza de uma nação pode ser julgada pelo modo que seus animais são
tratados.”

Mahatma Gandhi

SUMÁRIO

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS	vii
RESUMO.....	viii
ABSTRACT	ix
1. INTRODUÇÃO	10
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	12
2.1. Anatomia da pena	12
2.2. Coloração das penas	13
2.3. Alterações em penas	15
2.3.1. Linhas de estresse.....	15
2.3.2. Penas quebradas.....	16
2.3.3. Distrofia das penas	16
2.3.4. Mudança da coloração das penas	17
2.4. Causas da mudança de coloração de penas	17
2.4.1 Distúrbios Nutricionais	17
2.4.2 Hipotireoidismo	19
2.4.3 Toxicose crônicas por chumbo	19
2.4.4 Tumor de pituitária	21
2.4.5 Circovirose	22
2.4.6 Mutação genética.....	25
3. RELATO DE CASO	26
4. DISCUSSÃO	33
5. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	38
6. REFERÊNCIAS	39

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ALT - Alanina Aminotransferase

AST - Aspartato Aminotransferase

CETAS - Centro de Triagem de Animais Silvestres

CHCM - Concentração da Hemoglobina Corpuscular Média.

EDTA - Ácido Etilenodiamino Tetra-Acético

FA - Fosfatase Alcalina

LDH - Lactato Desidrogenase

PCR – “Polymerase Chain Reaction” (Proteína C Reativa)

PPT- Proteína Plasmática Total

VCM - Volume Corpuscular Médio

VG - Volume Globular

IM - Intramuscular

BID – “Bis In Die” (Duas vezes ao dia)

RESUMO

O papagaio-verdadeiro (*Amazona aestiva*) é frequentemente mantido em cativeiro como animal de estimação devido a sua inteligência, capacidade de interagir e emitir sons, e suas colorações. Muitas vezes, esses animais são mantidos com uma dieta inadequada, o que causa distúrbios nutricionais que podem levar a alterações na coloração das penas. Quatro papagaios-verdadeiros, oriundos de uma apreensão de 171 papagaios em Unaí, MG, foram encaminhados para o Centro de Triagem de Animais Silvestres de Brasília, onde durante a triagem notou-se uma alteração na coloração das penas, denominada flavismo, que é a perda parcial da melanina. Coletou-se sangue para hemograma e bioquímico a fim de avaliar melhor esses exemplares, e ainda para a realização do PCR, exame escolhido para diagnóstico de circovírus. Através dos exames realizados, notou-se alteração principalmente nas enzimas hepáticas e resultado negativo para circovírus, aumentando a suspeita de distúrbio nutricional.

Palavras-chaves: *Amazona aestiva*, flavismo, coloração das penas

ABSTRACT

Amazon parrot (*Amazona aestiva*) is frequently held in captivity because of their intelligence, ability to interact, vocalize and their colorations. In general, these animals are kept with improper diet what causes nutritional disorders what can carry to changes in the color of the feathers. Four Amazon parrots from a seizure of 171 parrots in Unaí, MG were coming to the Wild Animals Triage Center of Brasília, where during the triage it was noticed alteration in the color of the feathers, called flavism, which is the partial damage of melanin. Blood was collected for blood counts and biochemistry for better evaluation of these animals and to perform the PCR, the chosen exam for definitive diagnosis of beak and feather disease. It was observed mainly in the liver enzymes and negative for PCR, increasing the suspicion of nutritional disorder.

Key-words: *Amazona aestiva*, flavism, feathers colors

1. INTRODUÇÃO

A ordem dos Psittacíformes está distribuída por todo o mundo e em regiões com climas bem diferentes (SICK, 1997). Essa é composta por três famílias, sendo elas: Cacatuidae, constituída de calopsitas e cacatuas, Loridae que possui como representante os Lóris e *lorikeets* e a Psittacidae composta por periquitos, araras e papagaios (GRESPLAN & RASO, 2014) Na qual se encontra a espécie *Amazona aestiva*.

Os psitacídeos são representados por animais de diversos tamanhos, pesos (SICK, 1997) e são distinguidos das demais ordens pelo formato de bico e pés, pelas colorações exuberantes, inteligência e socialização. Portanto, é uma das aves de maior escolha para serem criadas como animais de estimação (GRESPLAN & RASO, 2014).

O bico dessas aves é curvo e a parte superior recobre a parte inferior, fazendo com que se encaixem. A maxila é flexível e se encaixa na mandíbula, possibilitando diferentes movimentações, gerando uma força que viabiliza a quebra de diferentes sementes (SICK, 1997; GRESPLAN & RASO, 2014) as quais além das frutas, legumes, verduras e rações balanceadas, podem fazer parte da alimentação dessas aves (ARGILAGA & PELLETT, 2015). Porém, um equívoco comum em psitacídeos de cativeiro consiste na oferta de misturas não balanceadas e ricas em sementes, fazendo com que a deficiência nutricional seja uma das principais afecções nesses animais (SAAD, 2006).

Nas aves, a maioria das afecções leva a alteração das penas que podem ser mais evidentes no período da muda. As penas são elementos essenciais para voo e termorregulação das aves (ALMEIDA, 2011). Periodicamente ocorre a chamada muda que consiste na troca das penas. Acredita-se que esse fenômeno seja advindo da secreção da tireoide. Anualmente, existem duas mudas, sendo elas a muda pré-nupcial e a muda pós-nupcial. A primeira é uma muda parcial, na qual serão substituídas somente as penas do corpo, observada antes do

período reprodutivo, e a segunda, que é uma muda completa, havendo substituição das penas do corpo e das penas de voo (SICK, 1997), essa troca é feita de forma gradual a fim de não prejudicar o voo (ALMEIDA, 2011).

A coloração das penas ocorre pelo acúmulo de pigmentos como caroteno, porfirinas e melanina (ZEELAND, 2014), sendo algo indispensável para as aves, por consistir em uma proteção contra a luz e o calor. Em algumas espécies a coloração também pode ser responsável pelo dimorfismo sexual que auxilia tanto na reprodução como na defesa contra predadores, através da camuflagem (DYCE et al., 2010).

Normalmente há uma afecção primária que leva a alteração das penas, dentre as possíveis alterações há as penas quebradas, distrofia das penas, linhas de estresse e mudança da coloração das penas (ZEELAND, 2014), sendo a última que ocasionou o desenvolvimento do relato de caso.

Entre as causas primárias que levam a alteração na coloração das penas se encontram o hipotireoidismo (KOSKI, 2002), intoxicação crônica por chumbo (GRESPLAN & RASO, 2014), tumor de pituitária (REAVILL, 2004), circovirose (PIÇARRA, 2009), coccidiose (LOURENÇO, 2015), mutação genética (GUAY et. al. 2012), terapia com tiroxina (SPEER, 2015) e principalmente distúrbios nutricionais (ZEELAND, 2014).

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. Anatomia da pena

As penas são uma estrutura originada da epiderme. São conhecidos seis tipos de penas: as de contorno (auxílio no voo), pluma (camuflagem, regulação térmica e impermeabilidade), semiplumas (flutuação e isolamento térmico), fitoplumas (propriocepção), plumas de pó (impermeabilidade) e das cerdas (função sensorial). Elas podem ser agrupadas em dois tipos principais, as plumagens, compostas pela penugem, e as penas de contorno, divididas em tectrizes, remiges e retrizes, as quais são essenciais para que este ocorra (SICK, 1997; DYCE et al., 2010; ZEELAND, 2014).

As remiges consistem nas penas situadas nas asas, a qual é composta aproximadamente por dez penas primárias na maioria das espécies (DYCE et al., 2010), onde as distais são as principais para que se inicie o voo (ALMEIDA, 2011), e de seis até 40 penas secundárias localizadas na asa, variando de acordo com cada espécie e seu tamanho (SICK, 1997; MILLER & FOWLER, 2012), sendo estas responsáveis pelo apoio quando os animais estão no ar. As retrizes são as penas situadas na cauda, as quais servem de guia durante o voo, indicando a direção e ajudando a travar (DYCE et al., 2010; ALMEIDA, 2011). A Figura 1 representa as remiges primárias e secundárias.

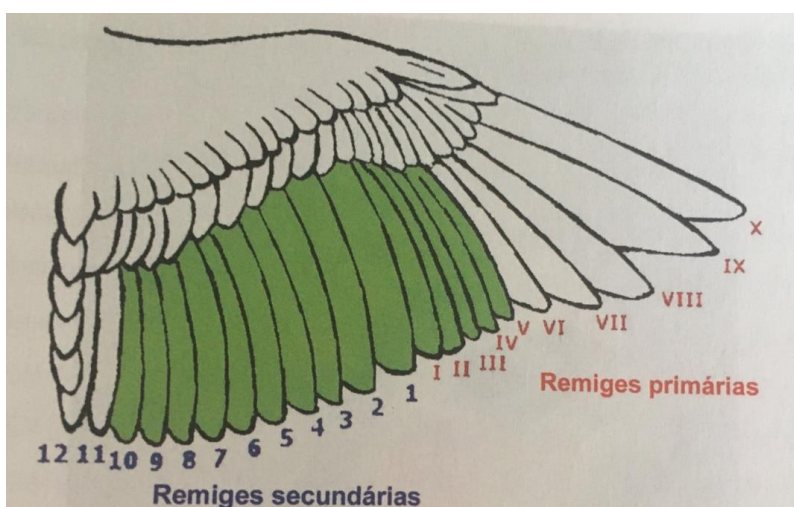


Figura 1. Remiges primárias e secundárias. Fonte: Grespan, A.; Raso, T. F (2014)

A constituição da pena se dá através de uma haste principal situada no meio, ramificações da mesma, denominadas vexilos (barbas), os quais são responsáveis por deixar a pena em um ângulo de 45° e depois se ramificam gerando as bárbulas que originam a parte plana do mesmo. A parte da haste que se encontra inserida no folículo é denominada cálam o ou canhão. Essa é oca e composta por restos celulares advindos da papila dérmica a qual está situada no final do folículo (**DYCE et al., 2010**), os elementos que compõem a pena se encontram evidenciados na figura 2.

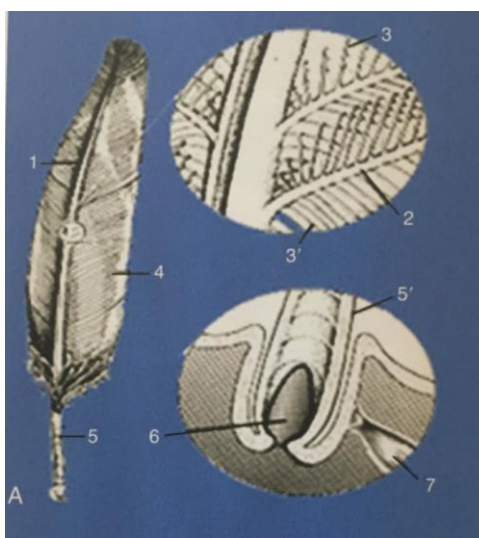


Figura 2. A - Pena de contorno. 1, Haste principal; 2, barba com as bárbulas; 3, bárbulas distais; 3', bárbulas proximais; 4, veia formada pelas bárbulas; 5, cálamo; 5', cálamo no folículo da pena; 6, papila dérmica; 7, músculo da pena. Fonte: Dyce et. al. (2010).

2.2. Coloração das penas

A coloração mais predominante nas aves é a preta oriunda da melanina originada a partir da tirosina. Outros pigmentos produzidos pelas aves são os nitrogenados e as porfirinas, que darão origem a algumas tonalidades de marrom, vermelho e verde (DYCE et al., 2010).

A cor verde é mais produzida através do carotenoide associado ao “efeito tyndall” que se dá a partir da luz branca refletindo em penas vermelhas, com pequeno comprimento de onda, mesmo fenômeno que ocorre com as penas de

coloração azul. Há outros pigmentos que são advindos da dieta, como é o caso dos pigmentos carotenoides amarelo, laranja e vermelho (DYCE et al., 2010).

A cor verde é atribuída a muitos psitacídeos, podendo ser substituída por um tom amarelado. Além disso, a incidência da luz sobre a melanina pode levar a coloração azul que, justaposta ao lipocromo amarelo, leva a observação errônea da cor verde, fenômeno denominado esquizocroísmo (SICK, 1997).

O esquizocroísmo pode ocasionar duas alterações denominadas flavismo e luteinismo. O flavismo é a eliminação parcial da melanina, no qual algumas penas naturalmente esverdeadas se tornam amarelas, já o luteinismo é a eliminação total da melanina, mas há carotenoides, alteração que provoca avermelhamento da íris e destaque das penas avermelhadas (SICK, 1997).

Esses fenômenos são passíveis de acontecer em cativeiro ou na natureza. Em cativeiro, a principal causa é o distúrbio nutricional causado principalmente por uma dieta rica em gordura, viabilizando a absorção de maior quantidade de lipocromos pelas penas em crescimento (SICK, 1997). Segundo SICK (1997), esse processo costuma ser solucionado com a correção da alimentação, substituindo os alimentos gordurosos por uma alimentação balanceada para essa espécie.

Há diversos fatores que podem levar à alteração nas penas. Durante a investigação da causa da anormalidade dessas estruturas é necessária uma boa anamnese com foco na dieta, habitat e manejo (KOSKI, 2002). Além disso, para um diagnóstico eficaz, é necessária a realização do hemograma, bioquímico (glicose, cálcio, ácido úrico, aspartato aminotransferase, lactato desidrogenase, creatinina, proteína total plasmática e ácido biliar), exame parasitológico e *swab* de cloaca e coana, podem também ser inclusos citologia e cultura da polpa da pena, pesquisando fungos e bactérias, assim como biopsia e histologia da mesma (KOSKI, 2002).

É importante ressaltar que em papagaios do gênero *Amazona* a coloração da cabeça varia de um indivíduo para o outro, pode ainda ser alterada

até que o animal atinja a maturidade sexual, pois antes disso a tendência é que a ave possua a plumagem com coloração menos exuberante (SICK, 1997).

2.3. Alterações em penas

2.3.1. Linhas de estresse

As linhas de estresse consistem em linhas de tensão as quais levam à alteração no formato e coloração natural das penas (GILL, 2001). Normalmente, possuem coloração escura (GRESPLAN & RASO, 2014) e estão localizadas perpendicularmente ao eixo da pena, indicando uma displasia das porções que compõe a mesma (barbas e bárbulas) que estão em desenvolvimento. Esse processo se dá devido a uma causa inicial que leva a alteração passageira no colar epidérmico (GILL, 2001).

Essa disfunção pode ser ocasionada por doenças, fatores estressantes e desnutrição, principalmente por deficiência de alguns aminoácidos (KOSKI, 2002; GRESPLAN & RASO, 2014). A observação dessa alteração ocorre facilmente através do distanciamento das penas e colocando-as contra a luz, como evidenciado na figura 3. Apesar das penas afetadas não voltarem ao normal, ao tratar a causa primária não irá haver mais alteração nas demais penas (ZEELAND, 2014).

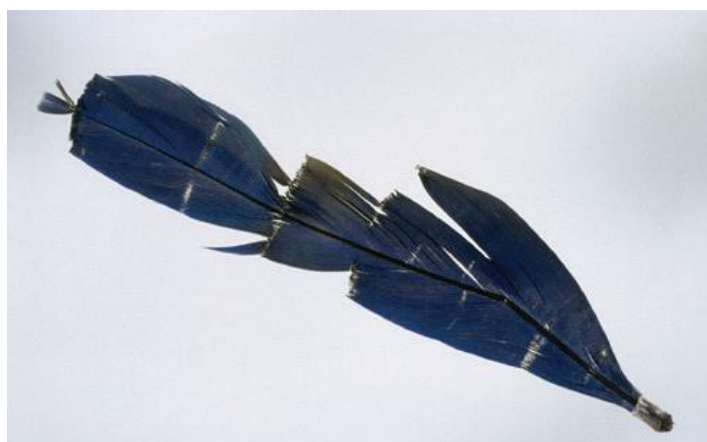


Figura 3. Linhas de estresse em *Ara ararauna*. Fonte: Zeeland (2014).

2.3.2. Penas quebradas

Podem ser ocasionadas por estresse, traumas constantes e deficiências de proteínas e minerais (zinco, cálcio, selênio, magnésio, manganês), nas quais elas ficam enfraquecidas e susceptíveis a quebra ou por lesões sem uma causa inicial (GRESPLAN & RASO, 2014; KOSKI, 2002). Consiste em uma alteração relativamente comum em aves que vivem em cativeiro. Normalmente se dá devido à instalação inadequada, superlotação do recinto ou pelo corte irregular das penas (unilateral ou muito drástico), impossibilitando assim, um pouso adequado (GRESPLAN & RASO, 2014; ZEELAND, 2014).

A fratura de pena, quando ocorrida durante a fase de crescimento, pode afetar a bainha de queratina que protege o canhão e proporcionar uma hemorragia devido à intensa vascularização presente nesta área. O canhão danificado da pena deve ser retirado, através da torção e tração na direção natural do crescimento, a fim de ajudar na coagulação e estabilizar o sangramento. Quando isso não é possível, realiza-se apenas o estancamento físico (GRESPLAN & RASO, 2014; ZEELAND, 2014).

2.3.3. Distrofia das penas

Normalmente se dá por alguma doença, como poliomavírose (crônica), polifoliculite, “*feather duster disease*” (doença congênita que acomete periquitos os quais ficam apáticos e com suas penas alteradas, deixando-os com a aparência de um espanador), representada na figura 4, sendo principalmente ocasionada pela doença do bico e das penas. Essa alteração pode ser originada nas penas em desenvolvimento ou no colar epidérmico, direta ou indiretamente (KOSKI, 2002; ZEELAND, 2014).



Figura 4. “Feather duster disease” em *Melopsittacus undulatus*. Fonte: Zeeland (2014)

2.3.4. Mudança da coloração das penas

Consiste em uma alteração que pode ter diversas causas predisponentes. Normalmente, quando essa alteração na coloração ocorre em apenas uma pena, pode ser indicativo de infecção durante seu o crescimento (GILL, 2001). Nos demais casos, a principal causa é nutricional, porém pode ocorrer por doenças infecciosas (circovirose no estágio inicial), doenças metabólicas (hipotireoidismo), intoxicação por chumbo, neoplasia de pituitária e mutação genética (KOSKI, 2002; GRESPAN & RASO, 2014).

2.4. Causas da mudança de coloração de penas

2.4.1 Distúrbios Nutricionais

É a causa mais comum de mudança na coloração das penas (ZEELAND, 2014). Durante o processo de empenamento, para que tudo ocorra de forma correta, são necessárias vitaminas como A, B e E; cobre; zinco; ácidos graxos e proteínas essenciais (GRESPAN & RASO, 2014).

Para que ocorra a constituição das proteínas nas aves, são necessários 19 aminoácidos, porém seis deles são produzidos pelas aves e não são

considerados essenciais em sua alimentação. Entre os 13 aminoácidos essenciais se encontram a arginina, cistina, glicina, isoleucina, leucina, lisina, metionina, fenilalanina, treonina, triptofano, tirosina e valina (TORRES, 1997).

É comum observar alterações nutricionais em papagaios do gênero *Amazona* devido à grande quantidade desse exemplar mantida em cativeiro (GRESPLAN & RASO, 2014) e a dieta desbalanceada que lhes é ofertada (SAAD, 2006).

Observa-se normalmente na alimentação dos psitacídeos, uma grande quantidade de sementes, principalmente a semente de girassol. O predomínio de sementes na alimentação não é recomendado devido à grande quantidade de gordura, baixa oferta de vitaminas e aminoácidos e ainda relação de cálcio e fósforo inadequada. Esse ato acaba por levar os animais à deficiência desses nutrientes que se encontram em menor quantidade e pode ocasionar uma lipidose hepática (SILVA et al., 2014).

A deficiência de proteínas pode causar diversas alterações no empenamento das aves, pois os aminoácidos são essenciais na formação dos folículos e bainhas das novas penas. Na fase da muda, há um maior gasto energético, tornando essencial a oferta dos aminoácidos de qualidade em quantidades adequadas. A principal alteração ocasionada por tal deficiência é a fragilidade ou aspecto irregular das penas, podendo impedir a conclusão da muda (GRESPLAN & RASO, 2014) e alterar a coloração da pena (BAUCK, 1995). A causa irá variar de acordo com a deficiência de cada nutriente.

As linhas de estresse, por exemplo, podem aparecer devido à carência de arginina e metionina durante o desenvolvimento das penas. A deficiência de lisina pode levar à transformação de penas azuis e verdes a penas pretas ou amarelas. A acromatose em penas primárias pode ser originada a partir da deficiência de aminoácidos, como colina e riboflavina (GRESPLAN & RASO, 2014).

Quando há pouca ingestão de carotenoide, falta caroteno, que é o material situado nos glóbulos de gordura das penas responsável pela origem das colorações amarelada, laranjada e avermelhada, deixando as penas com cores

opacas (BURGMANN, 1995; ZEELAND, 2014). A carência de tirosina e cobre compromete a produção de melanina, deixando as penas mais claras. Ainda, a baixa concentração de ferro atrapalha a formação das porfirinas, pigmento que forma as cores verde e vermelho (ZEELAND, 2014).

Além dessas deficiências, uma nutrição inadequada pode causar alterações no fígado, podendo levar ao crescimento exagerado do bico e surgimento de penas amareladas (KOSKI, 2002).

2.4.2 Hipotireoidismo

Segundo Koski (2002), o hipotireoidismo costuma ser relacionado a problemas dermatológicos em aves. No entanto, há poucos relatos nessa classe.

Houve apenas um relato comprovado em *Ara macao*, a qual apresentou hiperqueratose, depósito de gordura localizado em tecido subcutâneo e queda de penas. As penas permaneceram com a estrutura normal, mas haviam sinais de desgaste e impedimento da muda. A carência de casos comprovados dessa doença se dá devido ao diagnóstico complicado, pois é realizado através de uma alteração no teste de estimulação do hormônio estimulante de tireoide. O tratamento utilizado no caso citado teve como intuito acelerar o processo de muda, com L-tiroxina (0,1 mg) diluído na água do animal. Porém, acredita-se que a adequação da dieta e do fotoperíodo das aves pode levar aos mesmos resultados de forma mais segura (KOSKI, 2002).

Ainda, o uso de L-tiroxina no tratamento de hipotireoidismo é tolerável para as aves, mas há indícios de alteração na coloração das penas quando é utilizada, havendo um amarelamento de penas com contorno avermelhado da nuca e das costas de aves (SPEER, 2015).

2.4.3 Toxicose crônicas por chumbo

A intoxicação por chumbo era a afecção mais comum em aves de estimação, devido à composição dos produtos domésticos, pois o chumbo pode

estar presente até mesmo em brinquedos próprios para psitacídeos. Porém houve mudança na composição, reduzindo assim esse quadro (GRESPLAN & RASO, 2014).

Os sinais clínicos iniciais são hemoglobinúria, poliúria, polidipsia, anorexia, depressão, diarreia, convulsão, sinais neurológicos (LABONDE, 1995), e anemia progressiva e acentuada (GRESPLAN & RASO, 2014) e alteração na coloração das penas (ZEELAND, 2014).

O diagnóstico dessa afecção pode ser dado através de uma junção de fatores como histórico, sinais clínicos, patologia clínica (hemograma e bioquímico) e achados radiográficos. Uma forma definitiva é através da mensuração dos níveis sanguíneos de chumbo, em que acima de 20 µg/dL gera suspeita e acima de 50 µg/dL com sinais clínicos, é considerado definitivo (LABONDE, 1995). Outra mensuração possível é através do osso (exposição crônica) ou tecidos, principalmente no fígado, onde valores acima de 600 µg/dL fecham o diagnóstico (GRESPLAN & RASO, 2014).

Os achados radiográficos podem não ser evidentes, porém às vezes é possível observar corpos com densidade de metal no ventrículo (GRESPLAN & RASO, 2014). Entre as alterações de hemograma e bioquímico há anemia regenerativa hipocrômica, vacuolização citoplasmática de eritrócitos, heterofilia (LABONDE, 1995) e aumento da creatinina, ácido úrico e das enzimas hepáticas (GRESPLAN & RASO, 2014).

O tratamento é realizado a partir do uso de quelantes que se unem ao metal, formando um quelato tóxico favorecendo a excreção. O principal é o cálcio EDTA 20 a 40 mg/kg, IM, duas vezes ao dia (BID), durante 5 dias, ou utiliza-se a dose total diária de 75mg/kg fracionada para aplicação de quatro a oito horas. Quando a via de eleição é a oral, preconiza-se o uso do ácido dimercaptosuccínico (DMSA), na dose de 25 a 35 mg/kg, BID, durante sete dias. Outra opção para a via oral é o D-penicilamina na dose de 30 a 55 mg/kg, BID por sete a 14 dias

(GRESPLAN & RASO, 2014). Essa pode ser administrada junto ou depois do uso do cálcio EDTA, mas há relatos de regurgitação em aves (LABONDE, 1995).

Outros tratamentos suportes possuem como finalidade o controle da anemia, anorexia, convulsões e imunossupressão (LABONDE, 1995). Uma alternativa é a fluidoterapia, usada principalmente para prevenir a nefrotoxicidade e a retirada do material através de lavagem gástrica, endoscopia, pinça de biopsia associada a imã ou remoção cirúrgica. Caso a partícula de metal na radiografia seja muito pequena, pode administrar catárticos com o intuito que haja a excreção (GRESPLAN & RASO, 2014).

2.4.4 Tumor de pituitária

Os tumores já descritos nessa glândula consistem em adenocarcinomas, carcinomas e adenomas não funcionais originados das células corticotróficas (REAVILL, 2004). Essa neoplasia é mais comumente vista em periquitos e em calopsitas, mas há relato em papagaio do gênero *Amazona* (ROMAGNAMO et al., 1995).

Os sinais clínicos podem ajudar no diagnóstico e são originados devido à alteração na função endócrina da glândula, por causa do aumento de hormônio adrenocorticotrófico (ACTH) e/ou alteração de outros hormônios, como é o caso da vasopressina e dos hormônios que estimulam a tireoide, ou pela extensão do tumor (TURREL et al., 1987), sendo possível observar nessas afecções exoftalmia (tumor atinge o nervo ótico), poliúria, mudança na coloração das penas, movimentos circulares, vocalização e cegueira. Além disso, já foram relatados em calopsitas com adenocarcinoma e adenoma hipofisário letargia, ausência de produção de ovo, depressão, tremores de cabeça, anorexia, perda de equilíbrio e há um relato de alteração da coloração da cabeça para uma coloração alaranjada (REAVILL, 2004).

O diagnóstico pode ser concluído através de tomografia computadorizada com contraste do crânio. Não se recomenda o tratamento dos tumores de hipófise, pois além das alterações causadas devido à compressão

física do tumor, nas quais poderiam ser utilizados os corticosteroides a fim de reduzir a pressão intracraniana, há alterações hormonais, porém pode utilizar esse tratamento para aliviar os sintomas em um curto período (TURREL et al., 1987).

2.4.5 Circovirose

A circovirose, também conhecida como doença do bico e das penas, provavelmente é a doença identificável com maior incidência em psitacídeos selvagens (GILL, 2001). Seu primeiro relato ocorreu na Austrália, local de maior incidência da doença, depois foi disseminado para os outros continentes, inclusive América do Sul, através do comércio mundial, atingindo animais domésticos (ARAÚJO, 2011).

Possui como agente um DNA vírus, não envelopado com capsídeo icosaédrico (GRESPLAN e RASO, 2014) denominado circovírus de psitacídeos 1 (PsCV-1). Há ainda variantes desse vírus sendo descritas em diferentes espécies, como por exemplo, o circovírus de psitacídeos 2 (PsCV-2) descrito em Lóris (ALLGAYER e PEREIRA, 2014).

A transmissão desse vírus se dá através da ingestão ou inalação do pó presente nas penas, fezes ou secreções ingluviais (ARAÚJO, 2011). O circovírus possui facilidade em ser transportado, seja através do ar (ALLGAYER e PEREIRA, 2014) ou de fômites, nos quais permanecem por longos períodos (ARAÚJO, 2011).

Essa doença é mais comum em aves menores de 3 anos, mas pode haver sinais clínicos em aves mais velhas até os 20 anos, depois a tendência é que a infecção se torne latente (PIÇARRA, 2009). Os filhotes infectados demoram de 21 a 28 dias até o início dos sintomas e em animais adultos esse período pode decorrer de meses a anos (ALLGAYER e PEREIRA, 2014).

É importante ressaltar que os animais acometidos podem eliminar o vírus antes de demonstrar os sinais clínicos, sendo possível que adquiram um quadro subclínico. Uma explicação plausível para a ocorrência desse quadro é que em alguns casos é possível que o vírus fique situado principalmente em células epiteliais e penas, reduzindo assim o acometimento nos demais órgãos, pois em

geral o vírus possui tropismo por células com grande divisão mitótica como timo, bursa de fabricius, baço, ingluvío, esôfago, intestino, fígado, pele, penas, cérebro e leucócitos circulantes (ALLGAYER e PEREIRA, 2014).

Os sinais clínicos são influenciados por diversos fatores e a doença pode ser expressa na forma hiperaguda, aguda ou crônica (ALLGAYER e PEREIRA, 2014).

Em geral, as formas aguda e hiperaguda acometem aves menores que um ano as quais ainda possuem a bursa de fabricius (PIÇARRA, 2009). A hiperaguda é mais comum em neonatos e jovens e a aguda em jovens realizando troca de plumagem (tornando-se adulto). Há maior prevalência em aves criadas artificialmente devido a falta do contato com a microbiota presente nos ninhos, gerada pelos materiais advindos do ingluvío dos animais adultos, gerando assim um baixo desenvolvimento imunológico (ARAÚJO, 2011; ALLGAYER e PEREIRA, 2014).

Os sinais clínicos são inespecíficos incluindo apatia, letargia, regurgitação, anorexia, enterite, pneumonia, hepatite necrótica focal, septicemia e podem ocasionar doenças secundárias, sendo a mais comum a aspergilose, podendo também ocorrer hepatite por adenovírus. O óbito se torna uma realidade quando há presença de diarreia e estase de ingluvío (ALLGAYER e PEREIRA, 2014; ARAÚJO, 2011)

Na hematologia observa-se leucopenia grave (abaixo de 100 leucócitos/ μ L) que se dá pela infecção de medula óssea e leucócitos circulantes, e pode ou não haver alteração nas enzimas hepáticas (PIÇARRA, 2009; ARAÚJO, 2011; ALLGAYER e PEREIRA, 2014) ocasionadas pela necrose do fígado (ZEELAND, 2014).

Na forma hiperaguda é possível observar sinais de septicemia aguda durante a necropsia. O animal ainda fica susceptível a infecção secundária (ARAÚJO, 2011).

A forma crônica é comumente observado em aves na faixa etária entre seis meses e três anos (ARAÚJO, 2011). Os sinais clínicos podem ser iniciados

com atraso na muda das penas e ir se intensificando, aparecendo penas anormais (mais observadas pós muda, afetando primeiro as penas de revestimento e depois as primárias). Nessas alterações estão inclusas penas com displasia, hiperqueratose impedindo a emergência da haste, linhas de estresse, fragilidade, diminuição no comprimento, penas em caracol, sangramentos, plumagem com coloração mais escura (ALLGAYER e PEREIRA, 2014) e até mesmo a inativação dos folículos impedindo o nascimento de novas penas (ARAÚJO, 2011).

Pode ocorrer alteração no bico, o qual é prolongado devido a uma hiperqueratose e degeneração da epiderme e de estrato córneo. Além disso, é possível a observação de fratura, necrose de palato e ulceração de mucosa oral (ALLGAYER e PEREIRA, 2014) os quais são sinais mais tardios (GRESPLAN & RASO, 2014).

O diagnóstico dessa doença se dá através do PCR, hibridização *in situ*, hemaglutinação (HA), ou inibição da hemaglutinação (IH). Outro exame utilizado é o histopatológico, no qual nota-se a presença de corpúsculos de inclusão intracitoplasmáticos (ALLGAYER e PEREIRA, 2014) ou intranucleares (infecção recente) tanto em tecidos linfóides, como em folículos das penas. Porém seus resultados não confirmam o diagnóstico, pois os corpúsculos não são patognomônicos da doença com exceção do exame que utiliza o microscópio eletrônico.

Apesar de eficaz, o exame histopatológico é extremamente invasivo e só é realizado *post mortem* (ARAÚJO, 2011). Outras alterações microscópicas são a inflamação, edema, necrose e depleção de linfócitos. O material utilizado para o PCR de filhote é a bursa de fabricius e o baço e para PCR de adultos o baço e lesões de pele, na histopatologia utiliza-se os mesmos materiais do PCR incluindo o fígado (ALLGAYER e PEREIRA, 2014).

Não há um tratamento eficaz para o circovírus, apenas tratamento sintomático e recomenda-se a eutanásia nos casos de PCR positivo, a fim de evitar a disseminação da doença (ALLGAYER e PEREIRA, 2014), a qual possui grande impacto em animais de vida livre e de cativeiro, representando um problema para

os criadores de psitacídeos, sendo que isso se dá devido à fácil propagação através da inalação e ingestão de partículas virais (PIÇARRA, 2009).

Atualmente representa grande risco na conservação de algumas espécies vulneráveis ou em risco de extinção na Austrália, Nova Zelândia e África (PIÇARRA, 2009). A profilaxia se dá através da quarentena dos novos animais e realização do PCR. Além disso, é essencial que haja a limpeza do ambiente e utilização de hipoclorito de sódio a 10% para desinfecção do local (ALLGAYER e PEREIRA, 2014).

2.4.6 Mutação genética

A mutação genética é muito utilizada pelos criadores a fim de preservar determinadas colorações de penas. Há dois tipos de alteração que são mais visualizados, o albinismo e o leucismo.

O albinismo ocorre devido a uma mutação onde há ausência da enzima tirosinase, a qual é responsável pela produção da eumelanina e feomelanina, e o leucismo altera uma ou mais partes da plumagem e na maioria das vezes possui causa desconhecida (GUAY et al., 2012).

3. RELATO DE CASO

O presente relato diz respeito a quatro papagaios-verdadeiros (*Amazona aestiva*) com alteração na coloração das penas representados na figura 5. Os animais foram advindos de uma grande apreensão em Unaí, Minas Gerais, os quais foram encaminhados para o Centro de Triagem de Animais Silvestres (CETAS) do Distrito Federal junto a outros 169 papagaios havendo exemplares das espécies *Amazona aestiva*, *Amazona xanthops* e *Amazona amazonica*, sendo a maioria da espécie *Amazona aestiva*.

Uma das funções do CETAS é a triagem dos animais a qual é realizada pelos residentes da Universidade de Brasília. Durante a triagem constatou que quatro animais apresentavam uma alteração no padrão de coloração das penas denominado flavismo, em que algumas penas naturalmente esverdeadas se tornam amareladas. Os animais estavam ativos e alertas. Apesar da mudança no padrão de cores, durante o exame físico, não foram observadas outras alterações dignas de nota. Os animais não foram pesados e em geral estavam com escore corporal acima de 3 na escala de 1 a 5. O sexo desses animais era indeterminado e só foi verificado após a realização do exame PCR.

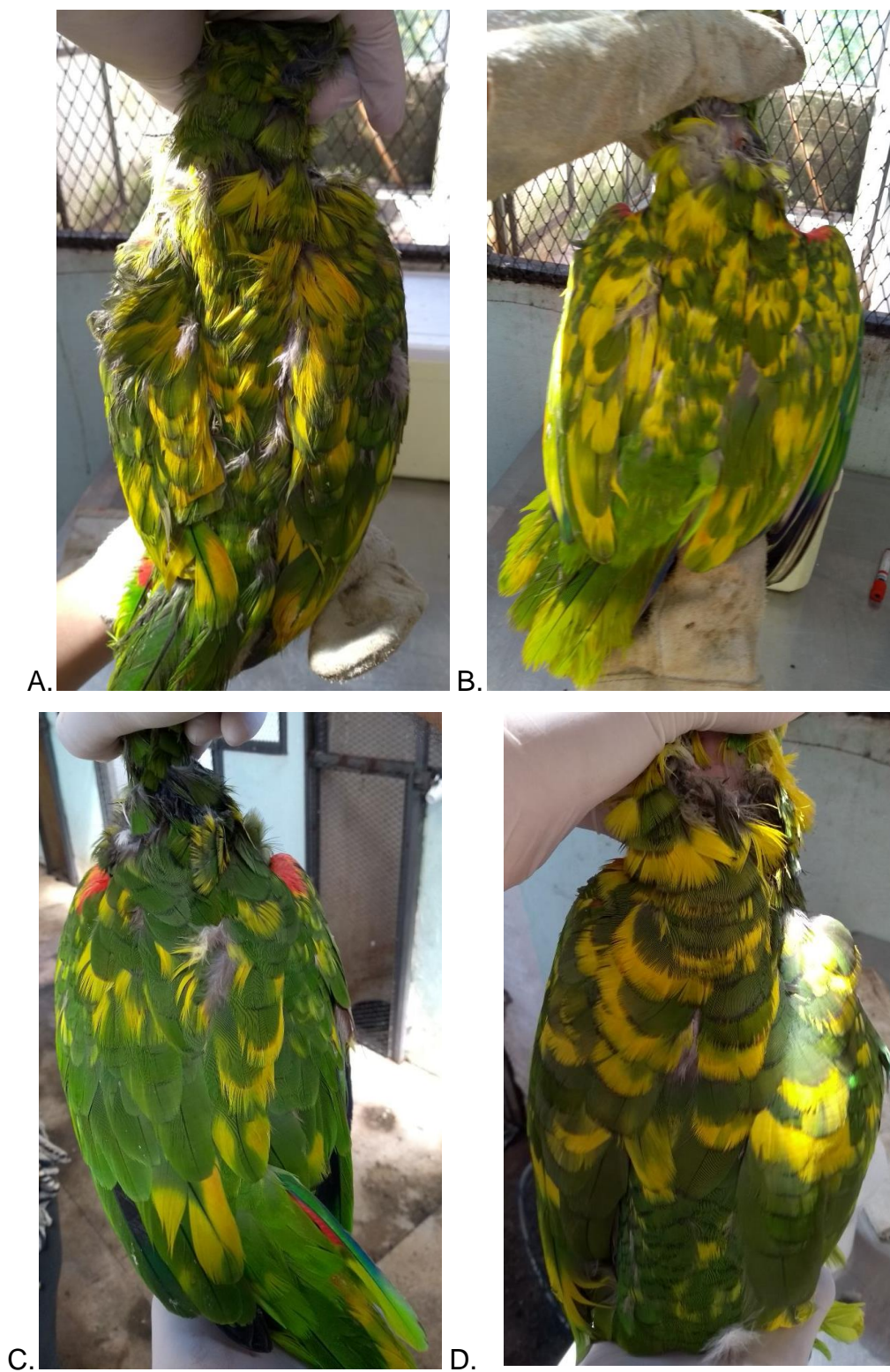


Figura 5. (A. B. C. D). *Amazona aestiva* com alteração no padrão de cor das penas.
Fonte: Ariam Martinello (2018).

Além do exame físico, realizou-se a colheita de aproximadamente 1 mL sangue da veia jugular direita, volume que foi distribuído igualmente em dois tubos um com a presença do anticoagulante EDTA (utilizado para realização do hemograma e do PCR, exame para diagnóstico definitivo de circovirose) e outro tubo sem anticoagulante (utilizado para realização do exame bioquímico).

Além dos tubos citados utilizou agulhas no volume de 1 mL para a coleta de sangue, luvas de procedimento para manusear os animais e as amostras, máscaras, puçá e luvas de raspa de couro para a contenção e um isopor com placas de gelo reutilizáveis para o acondicionamento da amostra até o laboratório.

A contenção para realização do exame físico e colheita de sangue dos quatro papagaios foi realizada através do uso do puçá, depois utilizando as mãos para imobilizar primeiramente a base da cabeça, a qual pode ser realizada com os dedos polegar e indicador ou indicador e médio (XAVIER, 2012) e por fim imobilizando as pernas, utilizando o dedo médio no centro dos membros pélvicos evitando, assim, que o animal se ferisse ou ferisse a pessoa que o estava contendo.

Observou-se algumas alterações hematológicas descritas nos exames presentes no relato e explicadas na discussão. No exame bioquímico, apenas foram observados valores de enzimas presentes no fígado (ALT, AST e FA), enzimas relacionadas ao sistema renal (ácido úrico e creatinina) e proteínas totais. Há ainda os resultados dos exames hematológicos dos quatro animais avaliados (Tabela 1, 2, 3 e 4)

Tabela 1. Resultado dos exames hematológicos do papagaio 1

Hemograma			
Valores	Referências	Valores	Referências
VG (%): 54	45 a 55	VCM (fl): 176	160 a 175
Hemácias (x10 ⁶ /μl): 3,07	2,5 a 4,5	CHCM (%): 24	29,1 a 31,9
Hemoglobina (x10 ³ /μl): 13	12,2 a 15,9	Leucócitos (x10 ³ /μl): 25,5	6 a 17
Absolutos (x10 ³ /μl)		Relativos (%)	
Seguimentados: 21930	3810 a 8730	Seguimentados: 86	30 a 75
Linfócitos: 3570	2400 a 6480	Linfócitos: 14	20 a 65
Outros			
PPT (g/dl): 5,2		Plaquetas: 16000	
Pesquisa de Hemoparasitas: Negativo			
Observações: Presença de linfócitos relativos			
Bioquímico			
Valores	Referências	Valores	Referências
Ácido úrico (mg/dl): 1,6	2 a 10	AST (UI/L): 2057	130 a 350
Creatinina (mg/dl): 0,2	0,1 a 0,4	FA (UI/L): 36	15 a 150
ALT (UI/L): 18	5 a 11	Proteína total (g/dl): 2,9	3 a 5

Fonte das referências: GRESPAN. A & RASO. T. F (2014); CARPENTER. J. W (2018).

Tabela 2. Resultado dos exames hematológicos do papagaio 2

Hemograma			
Valores	Referências	Valores	Referências
VG (%): 47	45 a 55	VCM (fl): 182	160 a 175
Hemácias (x10 ⁶ /µl): 2,57	2,5 a 4,5	CHCM (%): 25	29,1 a 31,9
Hemoglobina (x10 ³ /µl): 11,8	12,2 a 15,9	Leucócitos (x10 ³ /µl): 10,5	6 a 17
Absolutos (x10 ³ /µl)		Relativos (%)	
Seguimentados: 8505	3810 a 8730	Seguimentados: 81	30 a 75
Linfócitos: 945	2400 a 6480	Linfócitos: 9	20 a 65
Monócitos: 945	120 a 360	Monócitos: 9	0 a 3
Eosinófilos: 105	120 a 240	Eosinófilos: 1	0 a 1
Outros			
PPT (g/dl): 5		Plaquetas: 36500	
Pesquisa de Hemoparasitas: Negativo			
Observações: Presença de policromatófilos			
Bioquímico			
Valores	Referências	Valores	Referências
Ácido úrico (mg/dl): 2	2 a 10	AST (UI/L): 1030	130 a 350
Creatinina (mg/dl): 0,2	0,1 a 0,4	FA (UI/L): 44	15 a 150
ALT (UI/L): 15	5 a 11	Proteína total (g/dl): 3,5	3 a 5

Fonte das referências: GRESPAN. A & RASO. T. F (2014); CARPENTER. J. W (2018).

Tabela 3. Resultado dos exames hematológicos do papagaio 3

Hemograma			
Valores	Referências	Valores	Referências
VG (%): 49	45 a 55	VCM (fl): 222	160 a 175
Hemácias (x10 ⁶ /µl): 2,20	2,5 a 4,5	CHCM (%): 23	29,1 a 31,9
Hemoglobina (x10 ³ /µl): 11,1	12,2 a 15,9	Leucócitos (x10 ³ /µl): 13,5	6 a 17
Absolutos (x10 ³ /µl)		Relativos (%)	
Seguimentados: 9990	3810 a 8730	Seguimentados: 74	30 a 75
Linfócitos: 3510	2400 a 6480	Linfócitos: 26	20 a 65
Outros			
PPT (g/dl): 5,6		Plaquetas: fibrina na amostra	
Pesquisa de Hemoparasitas: Negativo			
Observações: Presença de linfócitos relativos			
Bioquímico			
Valores	Referências	Valores	Referências
Ácido úrico (mg/dl): 2,6	2 a 10	AST (UI/L): 276	130 a 350
Creatinina (mg/dl): 0,1	0,1 a 0,4	FA (UI/L): 30	15 a 150
ALT (UI/L): 4	5 a 11	Proteína total (g/dl): 3,7	3 a 5

Fonte das referências: GRESPAN. A & RASO. T. F (2014); CARPENTER. J. W (2018).

Tabela 4. Resultado dos exames hematológicos do papagaio 4

Hemograma			
Valores	Referências	Valores	Referências
VG (%): 38	45 a 55	VCM (fl): 194	160 a 175
Hemácias (x10 ⁶ /μl): 1,96	2,5 a 4,5	CHCM (%): 24	29,1 a 31,9
Hemoglobina (x10 ³ /μl): 9,3	12,2 a 15,9	Leucócitos (x10 ³ /μl): 21	6 a 17
Absolutos (x10 ³ /μl)		Relativos (%)	
Seguimentados: 16170	3810 a 8730	Seguimentados: 77	30 a 75
Linfócitos: 2310	2400 a 6480	Linfócitos: 11	20 a 65
Monócitos: 1050	120 a 360	Monócitos: 5	0 a 3
Eosinófilos: 1260	120 a 240	Eosinófilos: 6	0 a 1
Basófilos: 210	0 a 120	Basófilos: 1	0 a 5
Outros			
PPT (g/dl): 3,4		Plaquetas: 9500	
Pesquisa de Hemoparasitas: Negativo			
Bioquímico			
Valores	Referências	Valores	Referências
Ácido úrico (mg/dl): 5	2 a 10	AST (UI/L): 1023	130 a 350
Creatinina (mg/dl): 0,1	0,1 a 0,4	FA: 48	15 a 150
ALT (UI/L): 47	5 a 11	Proteína Total (g/dl): 2,2	3 a 5

Fonte das referências: GRESPAN. A & RASO. T. F (2014); CARPENTER. J. W (2018).

Nos resultados dos exames de três animais observou-se aumento das enzimas AST e ALT, indicando alterações hepáticas. Houve ainda alterações indicando anemia.

Realizou-se o PCR a fim de verificar se os animais eram positivos para circovírus, sendo este o principal exame utilizado para essa finalidade. Esse exame se dá através da extração do DNA presente na amostra a qual será submetida a uma alta temperatura junto a um tampão, um primer e uma DNA polimerase (resistente a temperatura), com isso, caso o animal esteja infectado, o DNA irá aumentar de maneira que seja detectável. A constatação se dá através do gene ORF-V1 presente no DNA que irá codificar uma proteína que está relacionada com a replicação viral (PIÇARRA, 2009), no caso dos quatro animais não se observou essa amplificação, dando resultado negativo.

4. DISCUSSÃO

O flavismo pode ser ocasionado por diversos fatores como distúrbios nutricionais, hipotireoidismo, toxicoses crônicas por chumbo, tumor de pituitária, circovirose, coccidiose, mutação genética ou terapia com tiroxina.

Analisando os exames realizados, no eritrograma do papagaio 1 há alterações em VCM e CHCM, porém, não há alteração no volume globular, hemoglobina e quantidade de hemácias, não havendo a presença de anemia. No leucograma foi relatada uma leucocitose com heterofilia e linfopenia, essa alteração é característica de animais que passaram por situações estressantes apesar de possuir outras possíveis causas como, por exemplo, uma inflamação (VILA, 2013).

Referente ao exame bioquímico houve aumento nas enzimas ALT e principalmente aspartato aminotransferase (AST), ambas estão presentes principalmente no tecido hepático e muscular. A ALT não é o melhor fator para uma avaliação de afecções hepáticas em aves, pois a atividade dessa enzima nessa classe é reduzida, porém quando alterada pode indicar alteração hepática. No caso do aumento da enzima AST, há grande indício de lesão hepática, principalmente no

caso de psitacídeos, mas é importante lembrar que essa enzima também está presente no tecido muscular e em outros tecidos, como o tecido renal. Outra alteração visível foi a redução das proteínas totais, fator o qual pode indicar diversas causas como alterações renais, hepáticas e intestinais, entre outras. Um fator importante na determinação da causa da alteração no valor das proteínas seria a mensuração da albumina que costuma estar aumentada nesses casos, porém essa não foi realizada (VILA, 2013; SCHMIDT, 2014).

No caso do papagaio 2, o eritrograma apresentou redução na hemoglobina e CHCM e aumento do VCM, indicando uma provável anemia macrocítica hipocrômica, ou seja, as hemácias estavam maiores e com menor concentração de hemoglobina, o que indica a presença de hemácias jovens e uma anemia regenerativa. Observando o leucograma, relatou-se a presença de heterofilia com linfopenia e monocitose, sendo comum observar essas alterações no caso de infecções causadas principalmente por aspergilos, clamídia e micoplasma (VILA, 2013). Durante o exame bioquímico houve aumento das enzimas ALT e principalmente AST, indicando uma possível alteração hepática.

O papagaio 3 possuía redução nos valores de hemácia, hemoglobina e CHCM e aumento de VCM, indicando a presença de possível anemia macrocítica hipocrômica. No leucograma notou-se apenas um aumento de heterófilos, podendo indicar fatores fisiológicos como estresse ou uma causa patológica como inflamação, infecção, intoxicação e lesão (VILA, 2013). Das enzimas analisadas no exame bioquímico apenas a ALT estava alterada e houve uma redução da mesma, mas sem significado clínico.

Ao avaliar o papagaio 4, constatou-se a redução dos valores de volume globular, hemácias, hemoglobina e CHCM e aumento do valor de VCM, indicando assim a possibilidade de uma anemia macrocítica hipocrômica. Durante o leucograma foi relatado leucocitose com heterofilia linfopenia monocitose eosinofilia e basofilia, indicando inflamação aguda. Os basófilos são mais comuns em aves, mas normalmente não observa-se basofilia nas mesmas, sempre atentando, pois essas células são semelhantes aos heterófilos tóxicos, entretanto, os basófilos são

comumente observados em respostas iniciais a infecção e inflamações, além de reações imunes, já a eosinofilia em aves normalmente é um indicativo de inflamação (VILA, 2013). Houve também o aumento das enzimas ALT e AST, indicando dano hepático e a redução das proteínas séricas.

Dos quatro papagaios observados, três deles possuíam alteração de bioquímico, havendo aumento da enzima AST que é considerada muito sensível para detecção de doença hepática e é observada principalmente no citoplasma dos hepatócitos de aves. Com isso, na maioria dos casos a sua elevação é indicativo de lesão hepática, mas ela não é hepato específica, podendo indicar ainda danos musculares, por também estarem presentes nas células dos músculos (VILA, 2013). Uma alternativa para confirmação de lesão hepática é a mensuração da enzima creatina kinase (CK), que é específica de músculo e eliminaria uma lesão muscular (FURTADO, 2008).

Houve ainda alteração da enzima ALT, porém essa não é um bom indicativo, pois muitas vezes o animal pode possuir problemas hepáticos e esta permanecer inalterada devido a sua baixa atuação nesses animais. Outra enzima presente no tecido hepático é a FA, porém essa não se encontrou alterada em nenhum dos exames e isso pode ser explicado, pois ela normalmente não está associada a danos nesse tecido devido a baixa atuação no mesmo (SCHMIDT, 2014).

Durante a avaliação dos exames dos papagaios 1 e 4, observou-se ainda a redução da proteína sérica sendo que isso pode indicar alterações renais, hepáticas e intestinais, entre outras. Podendo assim associar com as alterações dos valores de enzimas hepáticas, reforçando a presença de dano neste tecido. Seria importante a mensuração da albumina a qual é associada às proteínas e costuma estar aumentada nesses casos, porém essa não fora realizada (VILA, 2013; SCHMIDT, 2014).

As principais afecções em psitacídeos de cativeiro ocorre devido às deficiências nutricionais, pois a maioria dos alimentos disponíveis comercialmente são à base de sementes que não são bem balanceadas (SAAD, 2006), porém o

maior problema se dá devido a oferta apenas de sementes, como as sementes de girassol, ou misturas onde as aves conseguem selecionar e comem apenas as sementes. As rações comerciais normalmente são à base de sementes ou ração formulada.

A alimentação a base de sementes, costuma ser deficiente em aminoácidos como metionina e lisina, cálcio e iodo, e vitamina A e D, além de serem ricos em gordura. Portanto, a melhor opção são as rações extrusadas as quais são balanceadas e evita uma seletividade por parte do animal, podendo associar essa alimentação com frutas, legumes e verduras (ARGILAGA e PELLETT, 2015). A ração extrusada é específica para cada espécie, havendo grande variedade de marcas disponíveis.

Muitas afecções acabam afetando as penas de diversas maneiras. A alteração da coloração das penas pode ser ocasionada por muitos dos motivos mencionados na revisão bibliográfica, sendo o distúrbio nutricional um deles.

Para o diagnóstico é importante a presença de um histórico a respeito do manejo, comportamento e principalmente da alimentação dessas aves, porém esta não é uma realidade no CETAS. A maior parte dos animais chegam sem um histórico. Além disso, é importante realizar alguns exames complementares, especialmente hemograma e bioquímico, nos quais, por exemplo, é possível observar alterações em enzimas hepáticas em casos de disfunção neste órgão (KOSKI, 2002; ZEELAND, 2014).

A radiografia também deveria ser utilizada para eliminar as demais causas. O primeiro pode identificar uma intoxicação por chumbo, alguma neoplasia e tamanho do fígado. A endoscopia também poderia ser utilizada a fim de observar alguma neoplasia e avaliar alterações hepáticas, caso seja necessário, poderia realizar uma biopsia do fígado. Poderia ser feito um exame toxicológico também para saber se há intoxicação por chumbo. Outro exame importante seria a estimulação de TSH onde avaliaria a condição de hipotireoidismo (KOSKI, 2002; ZEELAND, 2014).

Apesar de ser necessário eliminar todas as causas para um diagnóstico definitivo de disfunção nutricional, não é uma realidade para o IBAMA, onde os recursos são limitados, não sendo possível realizar alguns exames específicos e muitas vezes se faz necessário eleger um número limitado de exames. Além disso, o recurso limitado limita também o tratamento, podendo justificar a ausência de tratamento dos quatro exemplares, onde identificou-se alterações hepáticas, mas os animais estavam aparentemente estáveis.

O diagnóstico de circovirose pode ser determinado a partir do teste de PCR, hibridização *in situ*, hemaglutinação (HA) ou inibição da hemaglutinação (IH). No relato apresentado utilizou-se o PCR, sendo este o principal exame para determinação desta doença (ALLGAYER e PEREIRA, 2014). Há ainda um questionamento a respeito da realização do PCR, exame o qual pode dar falsos negativos em casos como grande quantidade de material biológico, coleta e processamento inadequado da amostra, leucócitos reduzidos (impossibilitando a observação de DNA viral) e alteração da amostra no transporte (PIÇARRA, 2009).

5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Apesar de haver diversas causas possíveis para a alteração da coloração das penas, não foi possível realizarmos todos os exames para fechar o diagnóstico. Os exames complementares indicaram elevação na enzima AST, a qual dá fortes indícios de lesão hepática, que apesar de não possibilitar dar um diagnóstico definitivo, fortalece a suspeita inicial. Os animais foram provenientes de uma apreensão a qual a maioria dos animais, sendo adultos, provavelmente eram mantidos em cativeiro. A causa mais provável deve ser uma dieta desbalanceada causando alterações e deficiência nutricionais que levaram à alteração da coloração das penas. A realidade da maior parte dos animais que chegam nos CETAS é o desconhecimento da origem e do histórico dos mesmos. Além disso, estes centros possuem poucos recursos para a realização de exames complementares e tratamentos. Este relato de caso mostra a realidade da grande maioria dos CETAS e as condições e dificuldades que os médicos veterinários que trabalham em tais locais terão que lidar.

6. REFERÊNCIAS

- ALLGAYER, M. C.; PEREIRA, R. A. Doenças Virais em Psittaciformes. In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de Animais Selvagens**. Volume 2. 2.ed. São Paulo: Roca, 2014. p. 1337-1352.
- ALMEIDA, M. C.; **Relatório Técnico de Estágio: Medicina e cirurgia de aves exóticas**. 2011. 35 f. Trabalho Final de Curso (Graduação em Medicina Veterinária) – Escola de Veterinária, Universidade do Porto, Portugal.
- ARAÚJO, A. V; **Doença do bico e das penas: avaliação em psitacídeos nativos apreendidos em Minas Gerais**. 2011. 58 f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais, Minas Gerais.
- ARGILAGA, N. W.; PELLETT, S. Psittacine nutrition and common deficiency diseases. **Companion animal**. v.20, n. 9, p. 526 – 531, 2015.
- BAUCK, L.; Nutritional Problems in Pet Birds. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, Montreal, v. 4, n. 1, p. 3-8, 1995.
- BENNETT, R. A.; BAUMGARTNE, K.; **Avian deflighting techniques**. Texas, cap. 65, 2018.
- BURGMANN, P. M.; Common psittacine dermatologic diseases. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**. Toronto, v. 4, n. 4, p. 169 – 183, 1995.
- DYCE, K. M.; SACK, W. O.; WENSING, C. J. G.; Anatomia das Aves. In: DYCE, K. M.; SACK, W. O.; WENSING, C. J. G. **Tratado de Anatomia Veterinária**. Tradução 4.ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010. p. 784-813.
- FURTADO, T. C.; GUEDES, N. M. R.; PASSOS, D. T.; WEIMER, T. A.; SILVEIRA, F.; ALLGAYER, M. C.; Avaliação hematológica e bioquímica de filhotes de arara-azul (*Anodorhynchus hyacinthinus*) no Pantanal – MS. **Revista de Iniciação Científica da ULBRA**. Mato Grosso do Sul, n. 7, 2008.
- GILL, J.H.; Avian skin diseases. **Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice**, Williamstown, v. 4, n.2, p. 463 – 492, 2001.
- GRESPLAN, A.; RASO, T. F. Psittaciformes (Araras, Papagaios, Periquitos, Calopsitas e Cacatuas). In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de Animais Selvagens**. Volume 2. 2.ed. São Paulo: Roca, 2014. p. 550-589.

HIRANO, L. Q. L.; SANTOS, A. L. Q.; ANDRADE, M. B. Alimentação de psitacídeos filhotes e adultos em cativeiro: Revisão de Literatura. **PUBVET**, Londrina, v. 4, n. 39, p. 968-973, 2010.

KOSKI, M. A.; Dermatologic diseases in psittacine birds: An investigational approach. **Journal of Exotic Pet Medicine**, Davis, v. 11, n. 3, p. 105 – 124, 2002.

LABONDE, J.; Toxicity in Pet Avian Patients. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, Englewood, v. 4, n. 1, p. 23-31, 1995.

LOURENÇO, C. M. M.; **Prevalência de Parasitas Gastrointestinais em Aves de Falcoaria e Psitacídeos no distrito de Lisboa**. 2015. 64 f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.

LOURENÇO, C. M. M.; **Prevalência de Parasitas Gastrointestinais em Aves de Falcoaria e Psitacídeos no distrito de Lisboa**. 2015. 64 f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.

MILLER, R. E.; FOWLER, M. E. **Zoo and Wild Animal Medicine**. Volume 7. 1ed. Elsevier, p. 688, 2011.

OROSZ, S. E.; MONKS, D.; MATOS, R.; Clinical Endocrinology of the Protein Hormones. In: SPEER, B. L. **Avian Medicine and Surgery**. Missouri: Elsevier, 2015. p. 378 – 399.

PIÇARRA, J. P. S. C.; **Estudo sobre a detecção do Circovírus Aviário em psitacídeos domésticos na região de Barcelona**. 2009. 53 f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Universidade Técnica de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.

REAVILL, D. R.; Tumors of pet birds. **Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice**, West Sacramento, v. 7, n.3, p. 537 – 560, 2004.

ROMAGNANO, A.; MASHIMA, T. Y.; BARNES, H. J.; LOUGHMAN, C.; DEGERNES, L.; SPAULDING, K. A.; Pituitary Adenoma in an Amazon Parrot. **Journal of Avian Medicine and Surgery**, Teaneck, v. 9, n. 4, p. 263-270, 1995.

SAAD, C. E. P.; FERREIRA, W. M.; BORGES, F. M. O.; LARA, L. B.; Avaliação do gasto e Consumo voluntário de rações balanceadas e semente de girassol para papagaios-verdadeiros (*Amazona aestiva*). **Ciência e Agrotecnologia**. Lavras, v.31, n.4, p. 1413-7054, 2007.

SCHMIDT, E. M. S. Patologia Clínica em Aves. In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de Animais Selvagens**. Volume 2. 2.ed. São Paulo: Roca, 2014. p. 1577-1596.

SICK, H.; Morfologia. In: PACHECO, J. F. **Ornitologia Brasileira - Edição revista e ampliada**. 3.ed. Rio de Janeiro: Nova Fronteira, 2001. p. 84-92

SILVA, R. L.; SORESINI, G. C. G.; WERNER, J.; MANGINI, P. B.; TEIXEIRA, V. N.; Sepse em exemplar de Amazona rhodocorytha. **Ornithologia – Revista científica do CEMAVE**, v. 6, n. 2, p. 153 – 157, 2014.

TORRES, A. P. **Alimentos e nutrição das aves domésticas**. São Paulo: Nobel, 1977.

TURREL, J. M.; MCMILLAN, M. C.; MURPHY, J. P.; Diagnosis and Treatment of Tumors of Companion Birds II. **Journal of Avian Medicine and Surgery**. California, v. 1, n. 4, p. 159-165, 1987.

VILA, L. G.; **Bioquímica em Aves: Revisão de literatura**. 2013. 56 f. Trabalho de Conclusão de Pós-Graduação em ciência Animal (especialização) – Universidade Federal de Goiás, Escola de Veterinária e Zootecnia, Goiânia.

VILA, L. G.; **Hematologia em Aves: Revisão de literatura**. 2013. 42 f. Trabalho de Conclusão de Pós-Graduação em ciência Animal (especialização) – Universidade Federal de Goiás, Escola de Veterinária e Zootecnia, Goiânia.

ZEELAND, Y. R. A. V, SCHOEMAKER, N. J. Plumage disorders in psittacine birds – part 1: feather abnormalities. **European Journal of Companion Animal Practice**. Utrecht, v. 24, n. 1, p. 34 – 47, 2014.